ifremer

Système d'Informations Halieutiques

Action Paramètres biologiques

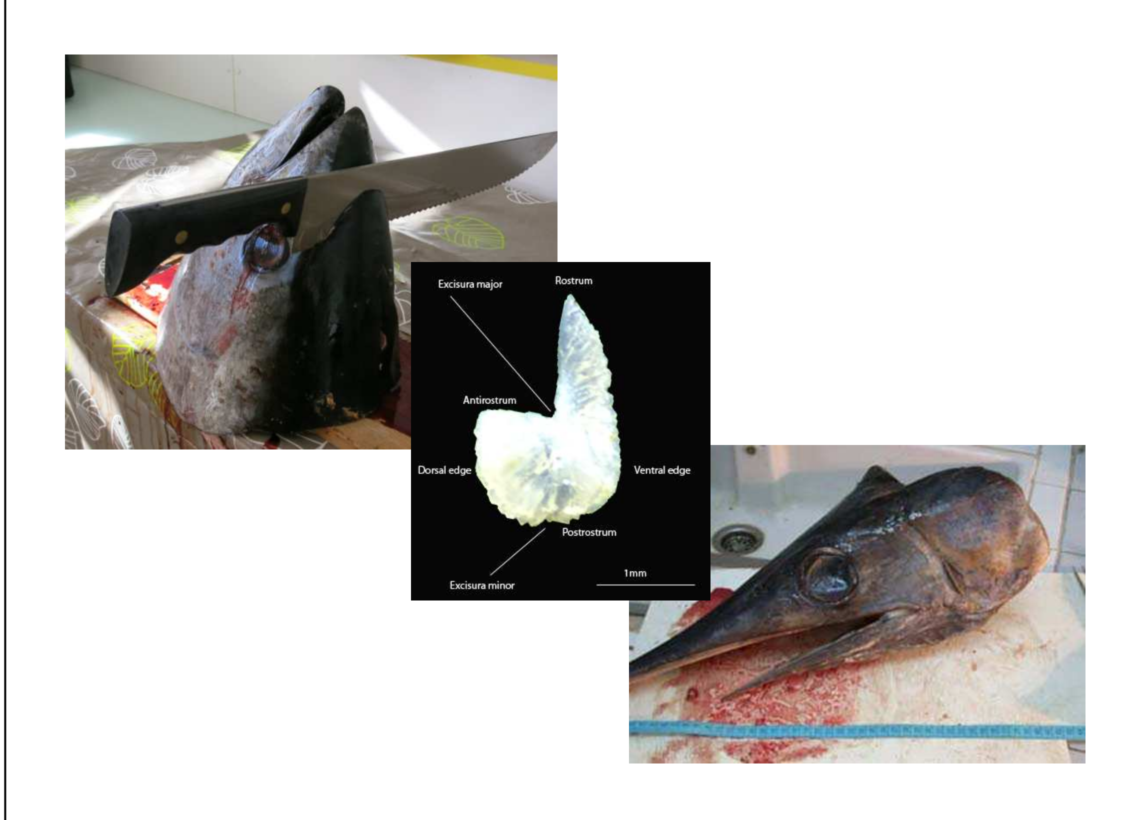
Hugues Evano[1]
Luisa Métral[2]
Blandine Brisset[2]
Jérôme Bourjea[1]
Natacha Nikolic[1]
Kélig Mahé[3]



Septembre 2014 – V.1

1 : Délégation Océan Indien- 9 Rue Jean Bertho - BP 60 - 97822 Le Port Cedex
2 : Laboratoire Ressources Halieutiques de Sète - Avenue Jean Monnet - CS 30171 - 34203 Sète Cedex
3 : Laboratoire Ressources Halieutiques de Boulogne- Centre Manche Mer du Nord - 150, Quai Gambetta - 62200 Boulogne-sur-Mer

Guide de prélèvements des otolithes chez les grands pélagiques



Guide de prélèvements des otolithes chez les grands pélagiques

La version informatique de ce document est disponible sur le site Web du SIH

(http://sih.ifremer.fr/)

Version	Date	Commentaires
1.0	Septembre 2014	Création

sommaire



1. Contexte

Ce guide présente les modes et règles de prélèvement puis de stockage des otolithes de grands pélagiques (thons et espadons). Ils ont été mis en place dans le cadre de projets de recherche comme « Germon » (http://wwz.ifremer.fr/lareunion/Les-projets/GERMON-en-cours), « IOSSS-Espadon » (http://wwz.ifremer.fr/lareunion/Les-projets/IOSSS-ESPADON) et «thon rouge (ICCAT-GBYP) » et dans le cadre de réseaux de surveillance coordonnés au niveau international, en particulier au sein du règlement européen sur la collecte des données halieutiques (DCMAP, Data Collection Multi Annual Programme).
Ce guide a pour but de standardiser les prélèvements d'otolithes effectués à l'Ifremer sur ces grands pélagiques. Il reprend et complète la synthèse française des procédures d'estimation d'âge (Mahé *et al*., 2009), le manuel d'utilisation du fichier : "Parametres biologiques v7.xls" (Mahé *et al*., 2007) et le guide de prélèvement des pièces calcifiées (Mahé *et al.*, 2013).

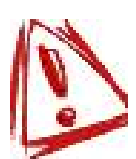
Les procédures décrites dans ce guide sont conformes aux référentiels de la base Harmonie de l'Ifremer.

Pour toutes remarques sur ce document, merci d'envoyer un mail à admsih@ifremer.fr en précisant dans l'objet " Guide de prélèvements des otolithes chez les grands pélagiques".

2. Matériel de prélèvement

Les prélèvements peuvent être effectués en mer ou à terre sur des poissons entiers ou seulement des têtes fraiches ou congelées (cas spécifique aux grands pélagiques).

1. Les otolithes étant dans la boite crânienne, il est nécessaire d'ouvrir celle-ci. Chez les grands pélagiques, la boite crânienne étant très grosse et très dure, il faut utiliser du matériel adapté, c'est à dire **un grand couteau à dents et une scie de boucher (ou équivalent comme une scie à métaux)**.
2. Pour le prélèvement des otolithes, une **pince type Brucelle** comme pour les autres espèces peut être utilisée car leur taille est équivalente à celle de beaucoup d'autres espèces.



Lorsque les otolithes sont prélevés, il est nécessaire qu'ils soient nettoyés lors du prélèvement afin de retirer le *mucus* et autres dépôts organiques sur la pièce. *Des otolithes mal nettoyés lors du prélèvement peuvent être inutilisables.*

Les otolithes peuvent être simplement essuyés dans du papier absorbant immédiatement après leur extraction.

3. Type de Coupe

La coupe doit être réalisée avec précaution pour éviter de sectionner l'oreille interne et les otolithes.

3.1. Coupe frontale

3.1.1. Exemple chez le thon rouge (*Thunnus thynnus*)

La tête de thon est déposée sur le rebord de la table. L'entaille pour la coupe frontale se fait au "couteau à thon". Puis la coupe se fait à la scie à métaux selon les photos de la figure 1.



Figure 1 : Photos des étapes lors de la coupe frontale d'une tête de thon rouge (*Thunnus thynnus*).

3.2. Coupe transversale

3.2.1. Exemple chez le thon germon (*Thunnus alalunga*)

La première coupe (Fig. 2 ; coupe n°1), qui sépare les 2 maxillaires, permettra d'effectuer la seconde coupe (Fig. 2 ; coupe n°2) plus facilement. Cette coupe n°2 est transversale et passe sur l'arrière de l'œil. Il faut ensuite effectuer une coupe longitudinale de la partie supérieure (Fig. 2 ; coupe n°3).

Ne pas hésiter à effectuer plusieurs coupes pour éviter d'abîmer les otolithes (Fig. 2).

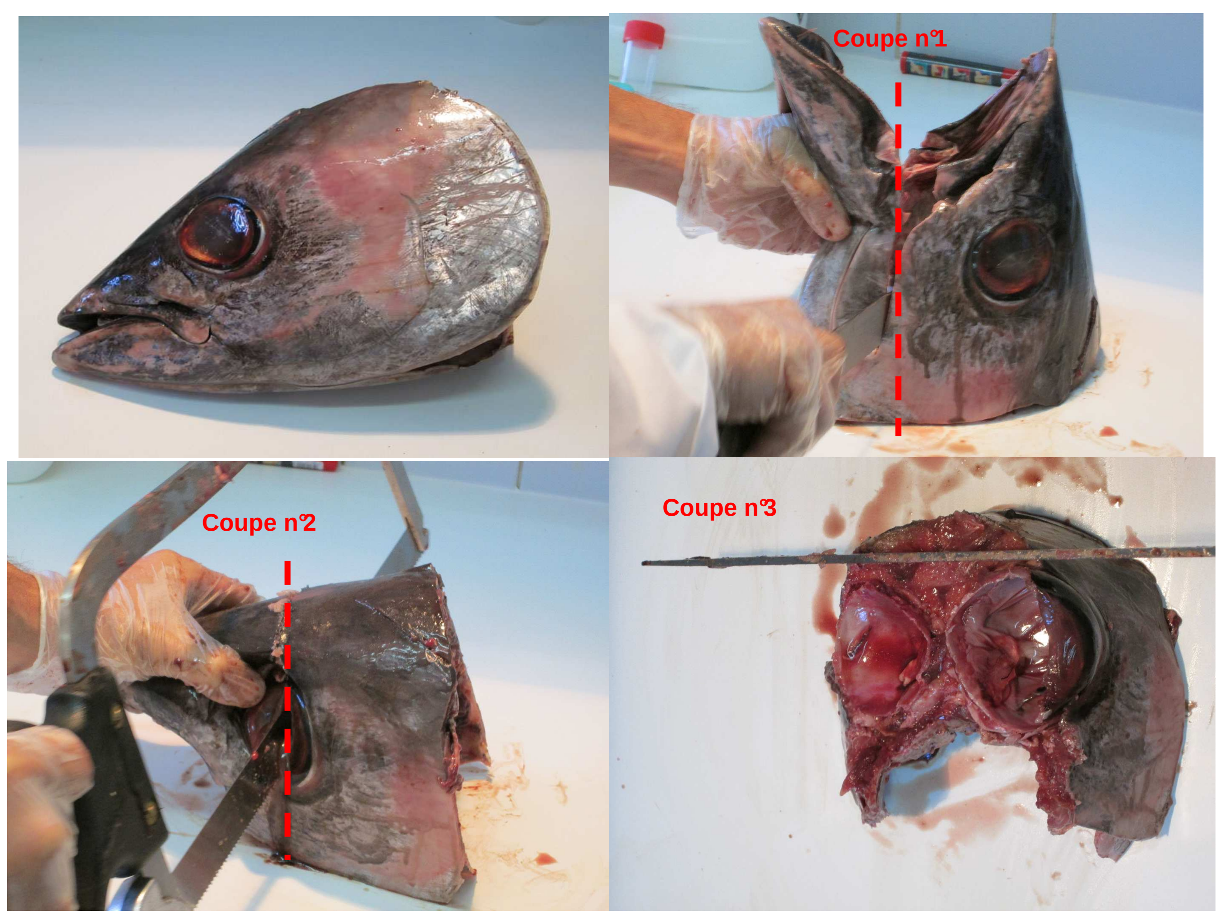


Figure 2 : Photos des étapes lors de la découpe d'une tête de thon germon (*Thunnus alalunga*).

3.2.2. Exemple chez l'espadon (*Xiphias gladius*)

Pour ne pas couper les otolithes mais réaliser une coupe proche de ceux-ci, la distance D2 (distance entre l'arrière de l'oeil et la coupe) doit être supérieure à D1 (diamètre de l'oeil) (Fig. 3).

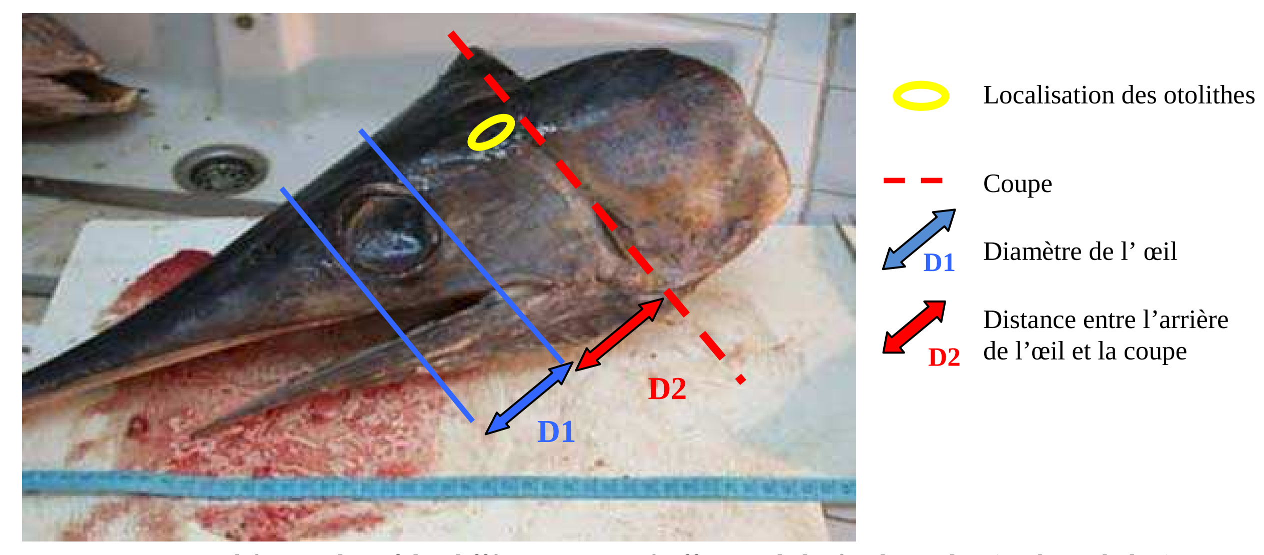


Figure 3 : Schéma explicatif des différentes coupes à effectuer de la tête d'espadon (*Xiphias gladius*).

L'objectif est de couper un morceau de tête ayant un volume le plus petit possible (contenant les otolithes) pour faciliter le stockage sur un bateau par exemple, à l'usine ou chez un mareyeur en attendant l'extraction des otolithes au laboratoire.

On procède à plusieurs étapes de coupes successives (Fig. 4) :

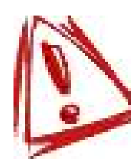
1. 2.

3. 4.

5. Partie à conserver

6. Partie à conserver

Figure 4 : Etapes de découpes successives de la tête d'espadon (*Xiphias gladius*) pour diminuer au maximum le volume de l'échantillon à conserver.



Ce morceau de tête, contenant les otolithes, doit être stocker avec un numéro d'identifiant.

4. Extraction des otolithes

4.1. Après coupe frontale

4.1.1. Exemple chez le thon rouge (*Thunnus thynnus*)

Après avoir ouvert le crâne et déplacé l'encéphale, les deux plus gros otolithes (les *sagittae*) se situent dans les deux logettes telles que l'on peut les voir sur les photos de la figure 5. Les otolithes (Fig. 6) sont prélevés à l'aide d'une pince en acier inoxydable puis nettoyés, rincés et séchés avant d'être stockés.

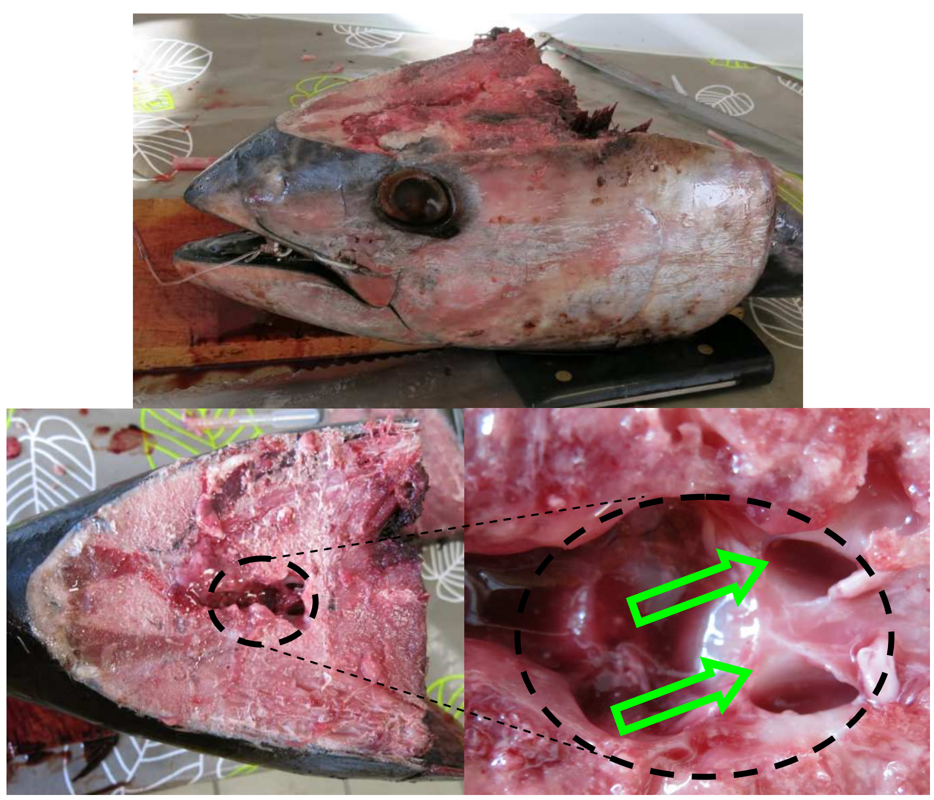


Figure 5 : Photos permettant de situer les otolithes de thon rouge (*Thunnus thynnus*).



Figure 6 : Otolithes de thon rouge (*Thunnus thynnus*).

4.2. Après coupe transversale

4.2.1. Exemple chez le thon germon (*Thunnus alalunga*)

Les otolithes se situent dans les deux logettes telles que l'on peut les voir sur les photos de la figure 7. Les otolithes (Fig. 8) sont prélevés à l'aide d'une pince en acier inoxydable puis nettoyés, rincés et séchés avant d'être stockés.

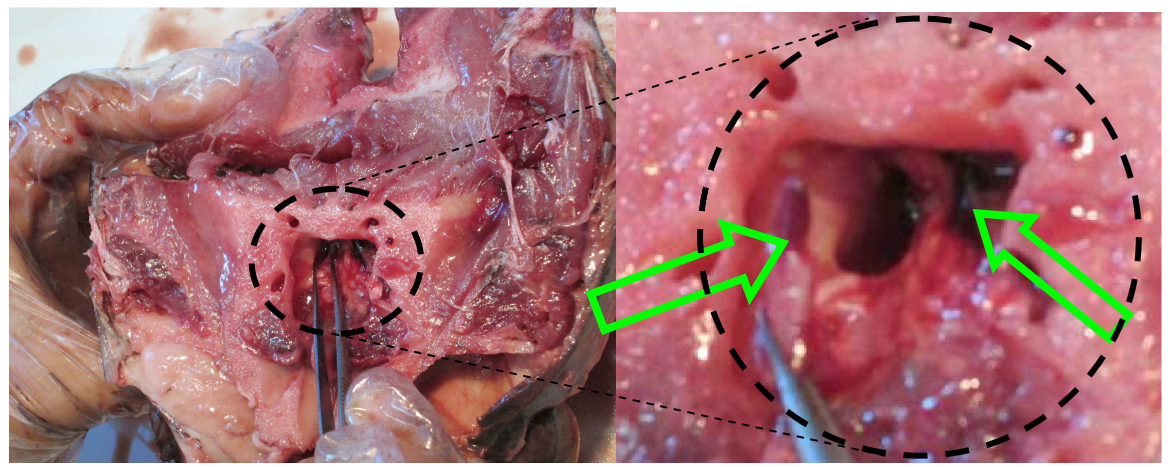


Figure 7 : Photos permettant de situer les otolithes de thon rouge (*Thunnus alalunga*).



Figure 8 : Otolithes de thon germon (*Thunnus alalunga*).

4.2.2. Exemple chez l'espadon (*Xiphias gladius*)

Pour pouvoir prélever les otolithes, il est nécessaire d'extraire préalablement les canaux semi-circulaires contenant les otolithes.

Il faut effectuer une coupe longitudinale de la partie supérieure de la partie conservée. Ne pas hésiter à effectuer plusieurs coupes pour éviter d'abîmer les canaux semi-circulaires (Fig. 9).

Morceau de tête avant la coupe



Vue de dessus après la coupe.



Figure 9 : Coupe longitudinale de la partie supérieure de la tête d'espadon (*Xiphias gladius*) pour atteindre les otolithes.

Enlever délicatement la graisse avec une spatule. A l'aide d'une pince de prélèvement, il faut récupérer délicatement les canaux semi-circulaires contenant les otolithes de chaque côté de la cavité centrale (Fig. 10).



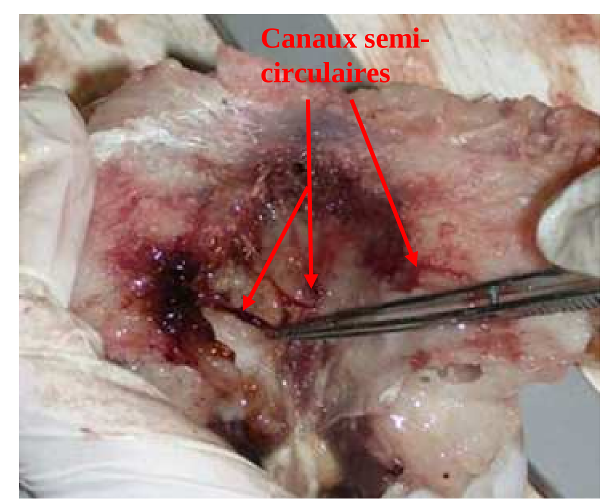
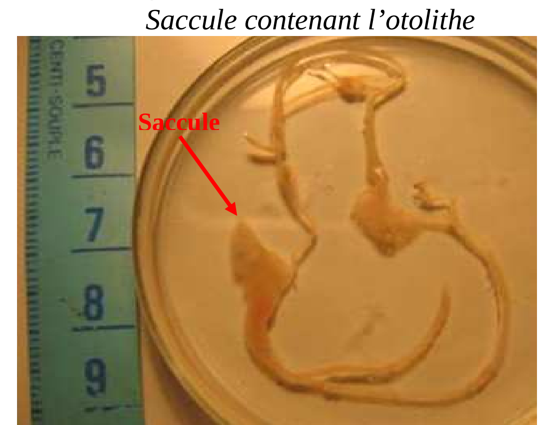


Figure 10 : Position des canaux semi-circulaires dans la tête de l'espadon.

Après avoir prélever les canaux semi-circulaires, l'extraction des otolithes s'effectue sous une loupe binoculaire (Fig. 11).

Saccule contenant l'otolithe



Coupe du saccule pour libérer l'otolithe

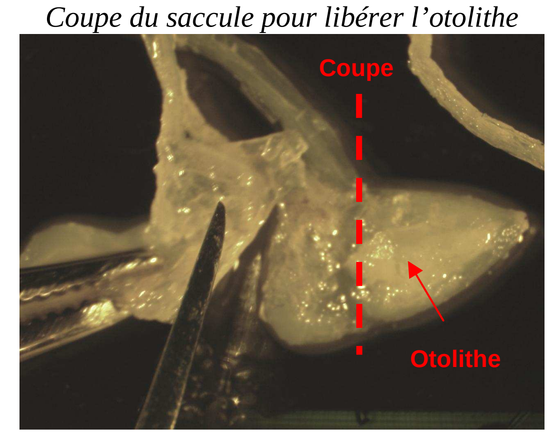


Figure 11 : Canaux semi-circulaires et saccules d'espadon (*Xiphias gladius*).



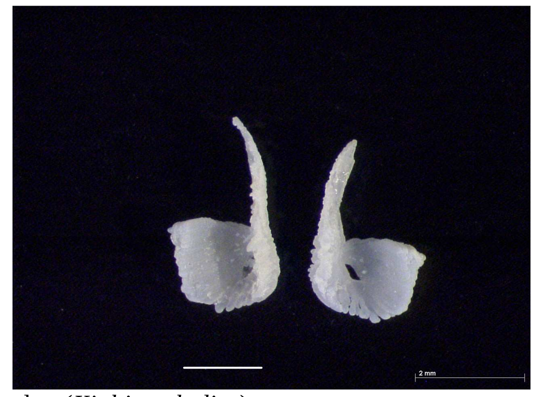


Figure 12 : Otolithes d'espadon (*Xiphias gladius*).

5. Conservation des otolithes

La meilleure méthode pour conserver les otolithes est de les stocker complètement à sec. Après nettoyage, ils sont séchés par simple exposition à l'air à température ambiante ou dans une étuve à basse température (Panfili *et al.*, 2002).



Il y a 2 modes de stockage utilisés à l'Ifremer (Fig. 13):

- des enveloppes papiers
- des microtubes de type Eppendorf ®

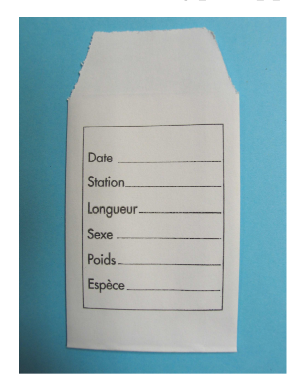




Figure 13 : Pochettes en papier et micro-tubes utilisés par le stockage des pièces calcifiées.



Les eppendorfs sont nécessaire lorsque les otolithes sont très petits et/ou très fragiles comme chez les l'espadon par exemple.

Ces 2 modes de stockage présentent des avantages et des inconvénients. Les pochettes en papier, recommandées par Williams & Bedford (1974), sont très pratiques lors des échantillonnages et lors du rangement pour conserver des pièces calcifiées assez volumineuses mais fragiles. Ainsi, ce système est le plus utilisé à l'Ifremer.



S'assurer que la pièce calcifiée soit au fond de la pochette.

Ne jamais utiliser d'élastiques qui peuvent casser les otolithes

Ne jamais agrafer les enveloppes papier

Le référence de l'échantillon et toutes les informations liées (date, longueur, sexe, stade de maturité sexuelle, espèce, numéro de trait…) sont reportées sur la pochette avant l'introduction de la pièce calcifiée.

L'usage de micro tubes nécessite d'insérer ou de coller une étiquette informative. Les micro-tubes ont l'avantage d'être suffisamment rigides pour protéger efficacement les otolithes des cassures consécutives à la manipulation lors d'envoi ou de rangement.

Les zones de stockage fraîches et obscures sont probablement les meilleures et les otolithes séchés peuvent ainsi être conservés indéfiniment (Brothers, 1987 *In* Panfili *et al.*, 2002).

Il est à noter qu'une conservation dans un milieu aqueux comme l'alcool peut être utilisé. Ceci peut être particulièrement utile pour les otolithes petits et fragiles. La concentration de l'alcool doit être de 95 % au minimum (Panfili *et al.*, 2002).

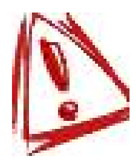


6. Précautions à prendre pour des analyses microchimiques

- Rincer les saccules avec de l'eau milliQ,
- Extraire les otolithes à l'aide des pinces en céramique et les placer dans un récipient « neutre chimiquement » en téflon ou en céramique,
- Les nettoyer avec un ustensile adapté à la taille de l'otolithe,
- Une fois sec :
  - placer les otolithes dans 3 gouttes de peroxyde d'hydrogène (ultra pure) pendant 5 minutes.
  - placer les otolithes dans un bain d'acide nitrique à 0.1% pendant 5 minutes (Arrizabalaga *et al.*, 2012)
- Les rincer dans 3 bains successifs d'eau milliQ,
- Les stocker dans un tube en plastique ouvert sous une hotte à flux laminaire pendant 24 heures,
- Fermer le tube et le conserver dans un endroit sec à l'abri de la lumière et de la chaleur.

7. Paramètres biologiques associés

Lorsqu'un poisson est échantillonné pour estimer son âge, il est nécessaire de noter les paramètres biologiques (taille et poids individuels, sexe, stade de maturité…) et d'échantillonnage (date, lieu, …).



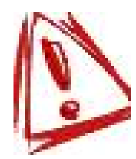
Toutes ces données et celles liées à l'âge sont stockées dans un fichier standardisé "parametres biologiques v7.xls" utilisable quel que soit le lieu de prélèvement (en mer ou à terre) et qui comporte les champs suivants :

- Navire
- Engin
- Code_Espece
- Description
- Increment
- Unite_Taille
- Unite_Poids
- Presentation
- Maturite_Echelle
- Type_PC
- Preparation_PC
- Poids_PC
- Cat
- Date
- Numero_Trait
- Lieu
- Zone
- Taille
- Poids
- Sexe



- Maturite
- Age
- Reference_Prelevement
- Reference_PC
- Observations

Les fichiers générés par les séances de prélèvements sont gérés dans une base de données qui offre toutes les passerelles vers la base de données halieutiques Harmonie.



Pour tout envoi de pièces calcifiées, il faut nécessairement compléter un fichier "parametres biologiques v5.xls" selon le Manuel d'utilisation du fichier : Parametres biologiques v5.xls (Mahé *et al.*, 2007) et envoyer par mail.

Bibliographie

Badts, V. & Bertrand, J. 2012. Guide de la mensuration des espèces en halieutique, poissons, mollusques, crustacés, reptiles marins, mammifères marins. http://archimer.ifremer.fr/doc/00001/6237/

Brothers, E.B., 1987. Methodological approaches to the examination of otoliths in ageing studies. *In* : Summerfelt, R.C. & Hall, G.E. (Eds.) The age and growth of fish. *Ames, Iowa, USA: The Iowa State University Press.* 319-330

Mahé, K., Bellail, R., Dufour, J.L., Boiron-Leroy, A., Diméet, J., Duhamel, E., Elleboode, R., Félix, J., Grellier, P., Huet, J., Labastie, J., Le Roy, D., Lizaud, O., Manten, M.L., Martin, S., Metral, L., Nédelec, D., Vérin, Y., Badts, V., 2009, Synthèse française des procédures d'estimation d'âge / French summary of age estimation procedures. http://archimer.ifremer.fr/doc/00000/7294/

Mahé, K., Vigneau, J. & Badts, V., 2007. Saisie des paramètres biologiques. Manuel d'utilisation du fichier : Parametres biologiques v5.xls, 27p.

Mahé, K., Dufour, J.-L., Elleboode, R., Felix, J., Sévin, K. & Badts, V., 2013. Guide de prélèvements des pièces calcifiées. http://archimer.ifremer.fr/doc/00116/22764/

Panfili, J., Pontual, H. (de)., Troadec, H. & Wright, P.J. (Eds.), 2002. Manuel de sclérochronologie des poissons. Coédition *Ifremer-IRD*, 464p.

Simkiss, K., 1974. Calcium metabolism of fish in relation to ageing. *In* : Bagenal, T.B. (Eds.) Ageing of Fish. *Proceedings of an International Sympopsium. Old Working Survey England Unwin Brothers*. 1-12.

Williams, T. & Bedford, B.C., 1974. The use of otoliths for age determination. *In* : Bagenal, T.B. (Eds.) Ageing of Fish. *Proceedings of an International Sympopsium. Old Working Survey England Unwin Brothers*. 114-123.

Arrizabalaga, H., Goñi, N., Fraile, I., Laconcha, U., Puncher, G., Rodriguez Marín, E. & Medina, A., 2012. Sampling protocols for the GBYP biological sampling. GBYP report. ICCAT Madrid. 17p.

